

Anexo S-4

Protocolo de Conservación y Manejo de Especies Nativas para su Propagación

Knight Piésold
CONSULTING

Anglo American Quellaveco S.A.
Proyecto Quellaveco
Modificación del Estudio de Impacto Ambiental – Optimización del Diseño y Operación de la Presa Vizcachas

Protocolo de Conservación y Manejo de Especies Nativas para su Propagación

Marzo 2012

Preparado para
Anglo American Quellaveco S.A.
Esquilache 371 Piso 10
San Isidro, Lima 27, Perú

Preparado por
Knight Piésold Consultores S.A.
Calle Aricota 106, 5° Piso
Santiago de Surco, Lima 33, Perú

Proyecto LI201-00194/39



Anglo American Quellaveco S.A.
Proyecto Quellaveco
Modificación del Estudio de Impacto Ambiental – Optimización del Diseño y Operación de la Presa Vizcachas

Protocolo de Conservación y Manejo de Especies Nativas para su Propagación

Tabla de Contenido



Tabla de Contenido (Cont.)

Anglo American Quellaveco S.A.
Proyecto Quellaveco
Modificación del Estudio de Impacto Ambiental – Optimización del Diseño y Operación de la Presa Vizcachas

Protocolo de Conservación y Manejo de Especies Nativas para su Propagación

1.0 Conservación de los Recursos Vegetales

El material vegetal conservado se puede utilizar de manera directa o indirecta. La utilización directa consiste en introducir los recursos en determinadas zonas en función de sus características. Esto implica la utilización con fines productivos, o bien la reintroducción de especies o variedades en zonas en que se han perdido o dejado de cultivar. De igual manera implica la restauración de hábitats o paisajes, así como aplicaciones industriales directas.

Utilizar de manera razonable el material vegetal conservado, dependerá del conocimiento que se tenga de sus características. Hay que tener en cuenta que hay tres tipos de semillas. Las semillas ortodoxas, son aquellas que pueden conservarse en condiciones de baja humedad y baja temperatura, y las semillas recalcitrantes son las que no pueden desecarse sin pérdida de viabilidad ni mantenidas a baja temperatura sin sufrir daños graves. El tercer tipo de semillas, se los conoce como intermedias, su principal característica es cierta sensibilidad a la desecación hasta un nivel de humedad relativamente bajo de 7 a 10% (Mayor et al., 2002).

Para la conservación de semillas sólo se pueden usar las ortodoxas; las especies con semillas recalcitrantes han de conservarse por cualquier otro procedimiento, en particular mediante colecciones de plantas vivas y, en función de que sea posible, de cultivo de tejidos in vitro.

Por lo tanto en el presente documento se plantea un mecanismo para la conservación de semillas.

1.1 Identificación de tipo de semillas

La prueba se iniciará dividiendo una porción de semillas en dos partes iguales. Se probará la viabilidad de una de las fracciones de semillas frescas y la otra mitad se someterá a una desecación gradual y cuidadosa antes de probar su viabilidad. Posteriormente, se realizará una

prueba adicional antes y después de someter las semillas a congelación, lo que indicará si las semillas que toleran la desecación son ortodoxas verdaderas o intermedias (ver Gráfico 1).

Cuando se logre identificar el tipo de semillas, se procederá a su conservación y propagación correspondiente.

1.2 Número de individuos de los cuales deben recolectarse las semillas

Las semillas se recolectarán a partir del mayor número posible de plantas individuales. El mínimo de individuos aceptable para conservar algo de la variabilidad que se encuentra en la población de una localidad es de 30 o más, siempre y cuando dichos individuos sean producto de reproducción sexual. Un número mayor de individuos y áreas de recolección más amplias permiten una mejor representación de tal variabilidad. (León, 2007; Mayor, 2002). Sin embargo, de no lograrse identificar el número mínimo de individuos aceptables o que estos no presenten material genético suficiente, se seguirá lo propuesto por Gold et al. (2004) y se procederá a colectar entre 5 a 10 mil semillas botánicas, teniendo en cuenta que para poblaciones pequeñas se tiene como cantidad aceptable 500 a 1000 semillas botánicas.

1.3 Análisis de la semilla

Una buena calidad de semilla se caracteriza por tener una alta capacidad de germinación, estar libre de enfermedades e insectos y encontrarse exenta de mezclas con otras semillas de cultivos, semillas de malezas y de material extraño e inerte. La capacidad de germinación y la pureza de las semillas pueden determinarse haciendo un análisis de una pequeña muestra representativa del lote en cuestión (FAO, 1996; IPGRI, 1995).

1.4 Muestreo

El primer paso para llevar a cabo un análisis de semillas es conseguir una muestra uniforme que represente el lote que se está considerando. Para ello se tomarán porciones iguales de semillas en partes del lote uniformemente distribuidas. Las muestras tomadas se mezclarán y luego se dividirán en lotes más pequeños para tener la muestra de trabajo. La cantidad de semilla requerida para la muestra de trabajo variará según las clases de semillas (FAO, 1996).

1.5 Análisis de pureza

Se entiende por pureza al porcentaje en peso de “semilla pura” presente en la muestra. Por “semilla pura” se entiende a la especie, variedad o tipo, que define en forma principal la semilla presente en el lote. Después de haber pesado la muestra de trabajo, se dividirá visualmente en (PCERG, 1995; Mayor, 2002):

- La semilla pura de la clase que se está considerando;
- Semillas de otras plantas de cultivo;
- Semillas de maleza; y
- Materia inerte.

Al hacer el análisis de pureza se podrá calcular el número de semillas puras por kilogramo; este dato es necesario como guía para ajustar la densidad de siembra.

1.6 Conservación de las semillas

Se almacenarán en bolsas de papel, indicando las coordenadas y procedencia. El almacén deberá ser un lugar de poca humedad y con baja temperatura, para evitar reducir su potencial longevidad (FAO, 1996; IPGRI, 1995; PCERG, 1995).

Las condiciones en que se mantienen las semillas, una vez desecadas y envasadas, dependen del plazo de tiempo para el que se pretendan conservar, así como de los medios disponibles. Si la conservación se realiza a medio - largo plazo (más de 10 años), puede ser conveniente extraer periódicamente muestras de semillas para hacerles un ensayo de germinación que permita determinar si las condiciones de conservación están siendo las adecuadas.

Según el plazo de almacenamiento de las semillas, se les aplicará un tratamiento a corto, medio o largo plazo (Mayor et al., 2002), de la siguiente manera:

- A corto o medio plazo (durante 10 años): No es necesario mantenerlas a temperaturas muy bajas, siempre y cuando hayan sido correctamente envasadas y desecadas. Una temperatura de 4ºC, que es la que puede proporcionar una nevera doméstica, puede ser suficiente para conservar la mayoría de las semillas durante muchos años, siempre que se mantengan secas durante todo ese tiempo. Es necesario que la temperatura se mantenga lo más estable posible durante todo el periodo de conservación.
- A largo plazo: Para este tipo de almacenaje, es conveniente mantener las semillas a una temperatura más baja. Así, por ejemplo, en las cámaras de conservación del Instituto de Conservación de Recursos Fitogenéticos (CRF), la colección activa (disponible para los usuarios) se mantiene a -4ºC, envasada en botes de vidrio, en tanto que la colección base (destinada a la conservación a largo plazo) se mantiene en latas metálicas y a -18ºC. Asimismo, se mantienen en desecación a 20ºC y 20% de HR (humedad relativa) para las semillas grandes (cereales, leguminosas, calabazas, etc.) y mediante gel de sílice cuando se trata de semillas pequeñas (la mayoría de las hortícolas, forrajeras y aromáticas-medicinales).

1.7 Prueba de germinación

La prueba se realizará con semillas purificadas, de las que se tomarán al azar 400 semillas, con un tamaño de muestra de 100 semillas por repetición (4 repeticiones).

$$\% \text{ de poder germinativo} = \frac{\text{Número de semillas germinadas}}{\text{Número de semillas sembradas}} \times 100\%$$

1.8 Desinfección

Todas las semillas seleccionadas se desinfectarán con Hipoclorito de Sodio al 1% por 5 minutos, luego se enjuagarán tres veces con agua destilada y se colocarán las semillas sobre un papel toalla para ser secadas. También se pueden desinfectar las semillas con ciertos fungicidas a base zinc y cobre.

1.9 Preparación del sustrato

Para el sustrato se propone: 3 partes de suelo agrícola, 2 partes de estiércol, 1 parte de suelo negro y 3 partes de arena. Asimismo, en la parte inferior del recipiente se colocarán piedras, para facilitar el drenaje y conservar la humedad al fondo.

1.10 Siembra en camas de propagación

Se prepararán 8 camas adicionales, las mismas que tendrán una dimensión de 2 m x 8 m y serán de concreto con varillas de fierro, sobre las que se colocarán las bandejas de propagación. Se utilizarán dos camas de propagación por especie, una vez que emerjan las plántulas estas deberán ser trasplantadas a la segunda cama de propagación (proceso conocido como repique). En el fondo, se colocará gravilla con altura de 10 cm para el drenaje.

Posteriormente, se cubrirá la cama con una tablilla y se protegerá con paja. El riego será suave. El repique (trasplante de plántulas con hojas verdaderas) se realizará a los 120 días después de la siembra y a los 180 días se plantarán al terreno final. Para que salgan sin malograrse las plántulas del almácigo, las raíces se regarán con bastante agua 2 - 3 horas antes del traslado y el sustrato será aflojado por partes con un clavo grande o un palo, con cuidado de no dañar las raíces. El repique se realizará en bolsa de polietileno (negro) haciendo uso de un repicador, haciendo un hoyo de 0,08 m de profundidad en el centro de la bolsa e introduciendo las raíces ligeramente, sin doblarlas.

1.11 Evaluación de la germinación

Como parámetro de evaluación, se evaluará la presencia de las dos hojas cotiledóneas, calculando el porcentaje de plántulas. Para esto se realizarán tres conteos, a los 7, 14 y 21 días.

1.12 Manejo en el vivero

El vivero debe tener dos áreas bien definidas, un área para el proceso de germinación y otra para el crecimiento de las plántulas, con un sistema de doble puerta, para disminuir las variaciones de temperatura que se produce al entrar y salir. Estas puertas deben ser de cierre hermético, una que comunica a la ante cámara y otra para ingresar a la habitación donde se encuentran las plantas.

Las plántulas que han germinado y presenten una altura superior a los 15 cm, se trasplantarán a macetas cuyo diámetro sea de 7,5 cm y tengan una altura 30 cm. El sustrato será el mismo de la Sección 1.8 y se esterilizará en autoclave por 15 minutos. Las plántulas de cada maceta, serán regadas semanalmente con agua destilada o agua de mesa a capacidad de campo.

1.13 Manejo en tinglado

Después de un periodo de 6 meses de cultivo de las plántulas en el vivero y con el fin de favorecer el trasplante en condiciones de campo, las macetas serán llevadas a un tinglado, donde permanecerán dos meses, cambiando progresivamente la intensidad de luz, mediante uso de diferentes porcentajes de mallas Raschel. Además, se debe mantener el riego semanal antes de llevarlas al campo.

1.14 Trasplante al campo

Antes del trasplante se disminuirá el riego (15 días antes), con la finalidad de endurecer el sustrato utilizado y darle resistencia a las plantas. De igual modo, se procederá a podar las raíces que sobresalgan de las bolsas, para favorecer el crecimiento de raíces secundarias. Se realizarán las mediciones de la altura de la planta y grosor del tallo. La reubicación será en las áreas definidas por AAQ para el cierre concurrente y/o definitivo.

Se prepararán hoyos de 20 x 20 x 20 cm de ancho, largo y profundidad, de acuerdo al Método de Tresbolillo. En el centro del hoyo se colocarán los plantones con el sustrato original o con suelo natural del terreno en donde se realizará el trasplante. Se presionará a nivel del cuello de la planta hacia abajo para que no quede aire, se regará y se protegerá con piedras alrededor de la planta trasplantada.

1.15 Monitoreo

Para el monitoreo de los individuos trasplantados, se evaluará el porcentaje de sobrevivencia, altura de la planta y grosor del tronco a los 6, 12, 18 y 24 meses después del trasplante.

2.0 Manejo y Propagación Asexual

2.1 Obtención de estacas

Para la obtención de las estacas se procederá de la siguiente manera:

- El material vegetativo de propagación (estacas) será de 35 a 40 cm de longitud y de 4 a 7 mm de diámetro, de preferencia con 4 yemas.
- Se efectuará un corte fino y limpio en la parte basal de la estaca a 1 cm por debajo de la primera yema.
- Mientras se realiza la recolección, se colocarán las estacas en bolsas plásticas con sustrato húmedo.

2.2 Obtención de vástagos

Para la obtención de los vástagos se procederá de la siguiente manera:

- El material vegetativo de propagación (vástagos o paletas) deberá poseer un tamaño relativamente grande (más de 5 cm) y si contiene flores o frutos deberán ser retirados para que su maduración no reste crecimiento.
- Mientras se realiza la recolección, se colocarán los vástagos en bolsas plásticas con sustrato húmedo.

2.3 Cicatrización y enraizado de estacas y vástagos

Las estacas y vástagos serán tratados con azufre en polvo para facilitar su cicatrización. Para el enraizamiento, el pedazo cortado se colocará en un plástico de 40 x 25 cm, aserrín, arena fina de río o tierra arenosa limpia, se humedecerá con agua limpia y sobre esta se colocarán la base de los tallos. Las estacas se envolverán con plástico y se amarrarán con pitas, permaneciendo así durante 20 a 30 días hasta el enraizamiento. Mientras que a los vástagos se le aplicará hormona enraizante en polvo y deberán permanecer en un ambiente seco y ventilado dentro del mismo vivero entre 4 a 15 días, dependiendo de la cicatrización de sus heridas (Cienciambiental Consultores S.A., 2009).

2.4 Sustrato

Se seguirá de acuerdo a la Sección 1.8.

2.5 Tratamiento de las estacas y vástagos

La desinfección de las estacas y vástagos se hará por inmersión de su base durante 15 minutos en una solución entre 10 y 15 g/L de un fungicida de contacto. Luego se sumergirán en solución de ácido indolbutírico (AIB) al 99% solo por 15 segundos, hasta una altura de 4 cm.

Una vez tratadas las estacas y los vástagos, se instalarán en camas de propagación sobre el sustrato propuesto en la Sección 1.8, debiendo enraizar en 60 días y 4-6 semanas (Kelly, 2009), respectivamente.

2.6 Manejo en vivero

Las estacas y vástagos tratados serán instalados en un vivero cuya temperatura interna debe ser no mayor de 25ºC. El riego será diario por las mañanas durante el primer mes, con chorros finos y evitando el amasamiento. Posteriormente, el riego disminuirá a 2 - 3 veces por semana. Se utilizará una regadera con capacidad de 3 L, no usar manguera porque podría lavar el sustrato fuera del almácigo. El deshierbe se realizará manualmente. Para analizar el potencial de crecimiento radicular se cuantificará el número de raíces por estaca y longitud de éstas.

2.7 Traslado a tinglado

Se seguirá de acuerdo a la Sección 1.13.

2.8 Trasplante al campo

Se seguirá de acuerdo a la Sección 1.14.

2.9 Monitoreo

Se procederá de acuerdo a la Sección 1.15.

3.0 Referencias Bibliográficas

Cienciambiental Consultores S.A. 2009. Lineamientos para un Plan de Gestión del Sitio priorizado Estepa Jeinimeni-Lagunas de Bahía Jara (Guía de Manejo de cactáceas). La Reina.

FAO. 1996. Plan de Acción Mundial para la Conservación y la Utilización Sostenible de los Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia. Revisado en el año 2009 del mes de junio: http://www.fao.org/ag/agp/agps

Instituto de Investigación, Producción, Servicios y Capacitación "QOLLASUYO". 2003. Manual Técnico: Repoblamiento de praderas del altiplano, con T´ola en el ámbito peruano del sistema T.D.P.S. Sub contrato Nº 21.07, Proyecto PER/98/G-32, Proyecto de la biodiversidad en la cuenca del Lago Titicaca-Desaguadero-Poopo-Salar de Copaisa (TDPS) Gerencia Nacional Peruana.

Instituto de Investigación, Producción, Servicios y Capacitación "QOLLASUYO". 2002. Estudio de la T´ola y su capacidad de soporte para ovinos y camélidos en el ámbito peruano del sistema T.D.P.S. Sub contrato Nº 21.07, Proyecto PER/98/G-32, Proyecto de la biodiversidad en la cuenca del Lago Titicaca-Desaguadero-Poopo-Salar de Copaisa (TDPS) Gerencia Nacional Peruana.

IPGRI. 1995. A brief history of plant germplasm collecting. En: Collecting Plant Genetic Diversity. L. Guarino, V. Ramanatha Rao, R. Reid (eds.). CABI, Wallingford. Página visitada en junio de 2009: http://www.cgiar.org/ipgri

Kelly, J. 2009. How to propagate agaves and cacti from cuttings and seed. The Universitiy of Arizona Cooperative Extension. AZ1483.

León Pedro, Way Michael, Hught Pritchad, Andrés Moreira-Muñoz, Mario León y Francisco Casado. Chloris chilensis. 2007. Año 6 Numero 1. Revista de flora y vegetación. Revisado en la página: http://www.chlorischile.cl

Bibliografía (Cont.)

Mayor P., Escudero, M.C., Conservación de Recursos Filogenéticos Agrícolas en Agrícola Vergel. Mayo 2002. Centro de Conservación de la Biodiversidad Agrícola de las islas de Tenerife. http://www.rinconesdelatlantico.com/num3/29_centrobiodiversidad.html

PCERG. 1995. Conservación de recursos fitogenéticos. En: Informe sobre el Estado de los Recursos Fitogenéticos en el Mundo. Pagina visita en junio de 2009: http://www.cgiar.org/ecpgr